

# Il monitoraggio in anestesia nelle specie aviari parte II

Ceccherelli R.<sup>1</sup>, Regoli A.<sup>2</sup>

<sup>1</sup> DVM, PhD, Direttore Sanitario del CRUMA-Lpu (Centro Recupero Uccelli Marini e Acquatici)-Lipu

<sup>2</sup> Student in VM, tesista presso il CRUMA

Autore corrispondente: Renato Ceccherelli C/O CRUMA via delle sorgenti 430, 57121 Livorno

E-mail: apusvet.cruma@libero.it

## SUMMARY

### Anesthesia monitoring in avian species part II

Birds are commonly being anesthetized with very little morbidity and mortality. These advances are due to the better monitoring techniques. Current monitoring modalities available for use in general veterinary practice provide the practitioner with the ability to assess blood pressure, heart rate and rhythm, temperature, hemoglobin saturation with oxygen, the concentration of carbon dioxide in expired gases, and respiratory rate, and the use of intermittent positive pressure ventilators, has greatly advanced the science of anesthesia in avian species.

Although many of these monitors are designed for use in mammals, their creative and persistent use during avian anesthesia will serve to improve the quality of anesthesia care.

This article provides an overview of all the parameters, and their interpretation, which can be monitored during an anesthesia in avian species.

## KEY WORDS

Avian species, anesthesia, monitoring

## PULSOSSIMETRIA

La pulsossimetria si basa sul principio dell'assorbimento di luce a precise lunghezze d'onda da parte dell'emoglobina legata. Una sonda genera fasci di luce nel campo del rosso e dell'infrarosso, questi fasci attraversano la cute e la circolazione del paziente, per poi arrivare ad una fotocellula. Conoscendo la quantità di luce iniziale e quella finale, l'apparecchiatura è in grado di calcolare la saturazione dell'ossigeno nel paziente, grazie al differente assorbimento del fascio luminoso da parte dell'emoglobina ridotta ed ossigenata; la pletismografia permette al pulsossimetro di identificare il flusso pulsatile all'interno di un tessuto per cui l'associazione di queste due metodiche (spettrofotometria e pletismografia) è fondamentale per il funzionamento del pulsossimetro.

In uno studio di Petra M. Schmitt è riportato che la pulsossimetria non è un sistema di monitoraggio soddisfacente in pazienti aviari sottoposti ad anestesia.

Uno dei principali aspetti è costituito dalle diverse caratteristiche spettrofotometriche dell'emoglobina degli uccelli che causa di fatto un alterato rapporto di assorbimento della luce rossa e infrarossa con il risultato di sottostimare la saturazione dell'emoglobina nelle specie aviari. Un altro aspetto che gioca un ruolo molto importante nell'utilizzo della pulsossimetria è caratterizzato dalla grande sensibilità che questo tipo di misurazione dimostra nei confronti dei piccoli spostamenti del paziente sottoposto ad anestesia.<sup>(6)</sup> Nell'esperienza dell'autore la pulsossimetria non ha mai dato risultati soddisfacenti. Solo in alcune specie è stato possibile ottenere una lettura accettabile. I livelli della saturazione dell'ossigeno nelle specie aviari dovrebbero rimanere



Fig. 14. Rappresentazione di una curva capnografica normale (linea bianca) e di una curva pressoria (linea rossa)

idealmente al di sopra del 90%. Livelli sotto 80% sono indicativi di ipossiemia.

## MONITORAGGIO RESPIRATORIO

Nell'esperienza dell'autore è stato notato che in corso di anestesia, soprattutto se di lunga durata, si rende necessaria una ventilazione a pressione positiva intermittente (IPPV). Il miglior metodo di monitoraggio dell'attività respiratoria è rappresentato dalla capnografia.

La frequenza respiratoria di un uccello a riposo è stimata dalla formula allometrica  $f_{resp} = 17,2M_b^{-0,31}$  dove  $M_b$  rappresenta il peso corporeo espresso in chilogrammi.<sup>(5)</sup>



Fig. 15. Tracheotubi dotati di un particolare connettore per il capnografo relizzato con un modificato catetere endovenoso. In questo modo lo spazio morto si riduce quasi a zero

Questa formula può essere utile per impostare i valori iniziali del respiratore che successivamente devono essere aggiustati in funzione della lettura del capnografo. Questo metodo non invasivo misura la frequenza respiratoria e la pressione parziale di fine espirazione dell'anidride carbonica ( $\text{EtCO}_2$ ) e indirettamente stima la pressione parziale di anidride carbonica arteriosa ( $\text{PaCO}_2$ ).<sup>(2)</sup>

In uno studio condotto sul pappagallo cenerino (*Psittacus erithacus*) è stato dimostrato che esiste una correlazione statisticamente significativa fra la  $\text{EtCO}_2$  e la pressione parziale di anidride carbonica ( $\text{PaCO}_2$ ) a livello del sangue arterioso. In questo studio si è visto che i valori di  $\text{EtCO}_2$  sono circa 5 mmHg superiori ai valori della  $\text{PaCO}_2$ .

Una  $\text{EtCO}_2$  compresa fra 30 e 45 mmHg è indicativa di una adeguata ventilazione. Valori al di fuori di tale range richiedono aggiustamenti dei valori di impostazione del sistema di respirazione.<sup>(3)</sup>

Il capnografo deve essere dotato di un sistema microstream per garantire una corretta lettura dei valori che vengono rappresentati sul monitor con un'onda caratteristica (Fig. 14.). Date le dimensioni ridotte di molti dei pazienti oggetto di questa trattazione, al fine di ottenere una lettura di qualche significato, gioca un ruolo fondamentale la modalità di collegamento del paziente al monitor, che deve ridurre al minimo gli spazi morti (Figg. 15, 15 bis, 16 17)

Molte sono le cause che possono alterare la curva capnografica. Come detto più volte risulta utile l'analisi del trend dei valori piuttosto del valore assoluto.

Cambiamenti della  $\text{EtCO}_2$ , soprattutto se repentini e progressivi, devono essere trattati con assoluta emergenza.

## EMOGAS ANALISI.<sup>(7)</sup>

L'emogas da sangue arterioso rappresenta il gold standard per valutare lo stato acido-base, la ventilazione e la perfusione tissutale di un animale. A fronte di una grande importanza della valutazione dell'emogas negli uccelli, non sono reperibili molti studi in letteratura.

I parametri di maggior interesse valutabili con un emogas analisi sono il pH, la pressione parziale di ossigeno ( $\text{PO}_2$ ), la pressione parziale di anidride carbonica ( $\text{PCO}_2$ ) e possono quindi essere utilizzati per calcolare la saturazione dell'emoglobina con l'ossigeno, la concentrazione di bicarbonato ( $\text{HCO}_3$ ), la concentrazione totale della  $\text{CO}_2$  e l'eccesso di basi nel liquido extracellulare.

La  $\text{PCO}_2$  fornisce importanti indicazioni sulla ventilazione.



Fig. 15 bis. Tracheotubo dotato di un particolare connettore per il capnografo relizzato dalla casa produttrice. In questo modo lo spazio morto si riduce quasi a zero

Livelli al di sopra dei 45 mmHg indicano un'ipoventilazione, mentre valori al di sotto dei 35 mmHg indicano un'iperventilazione.

Gli ioni  $\text{HCO}_3$  rivestono una grande importanza nel mantenimento di un corretto equilibrio acido base. Uno studio condotto su esemplari appartenenti al genere amazzone, riporta un valore medio di  $14,8 \pm 2,8$  mmol/L. Valori inferiori a tale range indicano un'acidosi metabolica. Valori superiori a tale range indicano un'alcalosi. La pressione parziale di ossigeno fornisce una buona indicazione della perfusione tissutale. Si parla di ipossia con valori di  $\text{PO}_2$  al di sotto degli 80 mmHg.

Valori al di sotto dei 60 mmHg non sono compatibili con la vita e richiedono un intervento immediato.

## TEMPERATURA CORPOREA

L'ipotermia è una delle principali e più comuni complicazioni durante l'anestesia di un uccello. I processi connessi alle procedure anestesologiche e chirurgiche provocano inevitabilmente abbassamento della temperatura corporea. Il flusso dei gas anestetici non umidificati e freddi attraverso il sistema respiratorio, la rimozione delle piume per la preparazione del campo operatorio, la disinfezione della cute con liquidi spesso freddi e la capacità vasodilatatoria periferica di alcuni farmaci, uniti al fatto che gli uccelli hanno una capacità di termoregolazione inferiore a quella dei mammiferi,<sup>(4)</sup> determinano un abbassamento della temperatura corporea. Il monitoraggio della temperatura migliore è quello ottenuto con l'uso di un termometro digitale inserito in esofago fino all'altezza del cuore. L'autore utilizza una sonda ECG esofagea con termometro. Considerato che in quasi la totalità dei pazienti trattati la temperatura corporea si aggira intorno ai  $40^\circ\text{C}$ , valori al di sotto dei  $35^\circ\text{C}$  sono considerati ipotermia grave, in quanto a tali temperature iniziano ad instaurarsi bradicardia, aritmie cardiache, intensa vasocostrizione periferica, ipotensione e in casi di severa ipotermia, fibrillazione ventricolare.<sup>(1,4)</sup>

Una normalizzazione troppo veloce della temperatura corporea,



Fig. 16. Gabbiano reale mediterraneo (*Larus michahellis*) intubato con un tracheotubo della fig. 15



Fig. 17. Altra tecnica per ridurre lo spazio morto respiratorio. Collegare il capnografo al paziente tramite un ago inserito nel tracheotubo. Rispetto al metodo di figg. 15 e 16, questo ha lo svantaggio di danneggiare un tracheotubo e di essere meno stabile

provoca una vasodilatazione e un aumento della richiesta di ossigeno e glucosio che possono determinare ipovolemia, ipoglicemia e ipossia.<sup>(1)</sup>

Per questo è molto importante prevenire l'ipotermia piuttosto che curarla. Riscaldare il paziente aviario sottoposto ad anestesia è una regola che deve essere sempre seguita. Per evitare un'eccessiva perdita di calore, è necessario utilizzare un tavolo chirurgico riscaldato, somministrati liquidi caldi e ridurre al minimo tutte le procedure che inevitabilmente portano a perdita di calore. In casi di importante ipotermia si possono utilizzare anche lampade ad infrarossi. Dobbiamo sempre prestare attenzione a non ustionare il paziente.

## GLUCOSIO<sup>(1)</sup>

Gli uccelli hanno fisiologici livelli elevati di glicemia. Di contro non hanno una grande capacità di accumulo, soprattutto in soggetti di piccole dimensioni. Il monitoraggio della glicemia intraoperatoria soprattutto in procedure di lunga durata è

fondamentale. Livelli al di sotto dei 200 mg/dl necessitano di somministrazione di glucosio, per via endovenosa con soluzioni ipertoniche. Soluzioni isotoniche possono essere somministrate anche per via sottocutanea.

L'ipoglicemia in anestesia può determinare una non responsiva bradicardia, ipotensione e midriasi fissa.

## CONCLUSIONI

Per ottenere buoni risultati durante l'anestesia degli uccelli, è necessario un monitoraggio completo che prenda in considerazione la profondità dell'anestesia, la temperatura, le funzionalità polmonare e cardiovascolare. Esistono apparecchiature in grado di monitorare una quantità notevole di parametri. Anche se molti di questi monitor sono progettati per essere applicati nei mammiferi, il loro uso creativo e continuo durante l'anestesia nelle specie aviari servirà a migliorare il livello di controllo durante l'anestesia.

## BIBLIOGRAFIA

1. Altman RB, Clubb SL, Dorrestein GM, Quesenberry K: "Avian Medicine and Surgery". Saunders, Philadelphia, 1997.
2. Degernes L., DVM, MPH, DABVP (Avian): "Anesthesia for Companion Birds". CE article, North Carolina State University, 2008.
3. Edling TM, Degernes LA, Flammer K, Horne WA: "Capnographic monitoring of anesthetized African grey parrots receiving intermittent positive pressure ventilation". Journal of American Veterinary Medical Association. 2001, 219(12), 1714-1718.
4. Ritchie B.W., Harrison G.J., Harrison L.R.: "Avian Medicine: Principles and Application" HBD international, Florida, 1994
5. Schmidt-Nielsen K. "Scaling: why is animal size so important?" Cambridge University press, Cambridge, 1984, 241.
6. Schmitt P.M., Göbel T., Trautvetter E.: "Evaluation of Pulse Oximetry as a Monitoring Method in Avian Anesthesia". Journal of Avian Medicine and Surgery, 1998, 12, 2, 91-99.
7. Schnellbacher R., Anderson da Cunha, Emily E. Olson, Joerg Mayer: "Arterial Catheterization, Interpretation, and Treatment of Arterial Blood Pressures and Blood Gases in Birds". Journal of Exotic Pet Medicine, 2014, 23(2), 129-141.